

**ATLAS HISTOLÓGICO DEL CEREBRO DE CACHAMA BLANCA, *Piaractus
brachypomus* (CHARACIFORMES: CHARACIDAE)**



**BELLO SANCHEZ NICOLL JOHANNA ;
GONZALEZ ARIAS GLORIA JANETH
0500820; 0500825**

**TRABAJO DE GRADO PRESENTADO COMO REQUISITO PARA OPTAR AL
TÍTULO DE:**

BIÓLOGO

**EDWIN GOMEZ RAMIREZ, MS.c.
DIRECTOR**

**BIVIANA BARRERA BAILON, PhD.
CO DIRECTOR**

**UNIVERSIDAD MILITAR NUEVA GRANADA
FACULTAD DE CIENCIAS
BIOLOGÍA APLICADA
BOGOTÁ, D.C., 2018**

ATLAS HISTOLÓGICO DEL CEREBRO DE CACHAMA BLANCA, *Piaractus brachypomus* (CHARACIFORMES: CHARACIDAE)

HISTOLOGICAL ATLAS OF THE CACHAMA BLANCA BRAIN, *Piaractus brachypomus* (CHARACIFORMES: CHARACIDAE)

Bello Nicoll ¹, González Gloria¹, Barrera Biviana¹, Gómez Edwin.^{1*}

RESUMEN

La cachama blanca (*Piaractus brachypomus*) es una especie de pez con importancia económica dentro de la actividad pesquera y principalmente acuícola en Colombia. Debido a características que han despertado el interés en el cultivo de esta especie, como la velocidad de crecimiento, resistencia a parásitos y enfermedades, y rusticidad. El presente estudio se realizó una descripción macro y micro anatómica del encéfalo de *Piaractus brachypomus*, identificando las principales estructuras que lo conforman. Para ello, se realizó un análisis histológico y una descripción macroscópica de algunas regiones del cerebro (bulbos olfatorios, hemisferios telencefálicos, diencéfalo, mesencéfalo, cerebelo y médula espinal), describiendo los núcleos más importantes de cada estructura a partir de cortes transversales y sagitales del cerebro. El material biológico que se procesó fueron 8 alevinos de cachama blanca, a los cuales después de ser sacrificados se les realizó una incisión en el cráneo, con el fin de realizar la extracción del encéfalo, el cual fue procesado y se realizaron cortes de 5µm de espesor teñidos con la técnica de tinción de Nissl. Posteriormente se realizó un mapeo rostrocaudal de las diferentes zonas del encéfalo, donde se pudo observar diferentes núcleos/tractus/regiones. Respecto a la anatomía del cerebro reportada en otros teleósteos se tiene principalmente que, al ser un pez muy versátil en cuanto al hábitat se refiere, se tiene un desarrollo de ciertas áreas del cerebro, entre ellas un lóbulo óptico de un tamaño mayor al reportado a otros teleósteos lo cual indica que es un animal de hábito diurno, y además posee una ausencia de un tracto olfativo, lo que nos podría estar indicando una mayor velocidad de la llegada de los estímulos olfatorios.

Palabras clave: Encéfalo, Cartografía, Núcleos, Teleósteos.

1. Grupo de investigación Fisiología animal, facultad de Ciencias Básicas y Aplicadas, Universidad Militar Nueva Granada.

*Autor corresponsal. E-mail: Edwin.Gomez@unimilitar.edu.co.

ABSTRACT

The Cachama Blanca (*Piaractus brachypomus*) is a species of fish with economic importance within the fishing activity and mainly aquaculture in Colombia. Due to characteristics that have awakened the interest in the cultivation of this species, such as the speed of growth, resistance to parasites and diseases, and rusticity. The present study carried out a macro and micro anatomical description of the encephalon of *Piaractus brachypomus*, identifying the main structures that comprise it. For this, a histological analysis and a macroscopic description of some regions of the brain (olfactory bulbs, telencephalic hemispheres, diencephalon, mesencephalon, cerebellum and spinal cord) were performed, describing the most important nuclei of each structure from transverse and sagittal sections of the brain. The biological material that was processed were 8 white cachama fingerlings, which after being sacrificed were made an incision in the skull, in order to perform the extraction of the brain, which was processed and cuts of 5µm were made. Thickness stained with the Nissl staining technique. Subsequently, a rostrocaudal mapping of the different areas of the brain was carried out, where different nuclei / tracts / regions could be observed. Regarding the anatomy of the brain reported in other teleosts it is mainly that, being a very versatile fish as far as the habitat is concerned, there is a development of certain areas of the brain, among them an optical lobe of a size greater than that reported to other teleosts which indicates that it is an animal of diurnal habit, and also has an absence of an olfactory tract, which could be indicating a greater speed of the arrival of olfactory stimuli.

Keywords: Encephalon, Mapping, Nucleus, Teleosts.

INTRODUCCIÓN

La cachama blanca (*Piaractus brachypomus*) es una especie de pez con gran importancia a nivel comercial por su amplia actividad pesquera y acuícola (Rodríguez *et al.* 1995). Su alto uso comercial se debe a características

que favorecen su supervivencia en cultivos, despertando así mismo el interés sobre el uso de esta especie, dentro de estas características se destacan: rápido crecimiento, resistencia a parásitos y enfermedades, y rusticidad. Otra razón es su amplia distribución que abarca una zona desde el Orinoco hasta la cuenca

1. Grupo de investigación Fisiología animal, facultad de Ciencias Básicas y Aplicadas, Universidad Militar Nueva Granada.
*Autor corresponsal. E-mail: Edwin.Gomez@unimilitar.edu.co.

Amazónica (Díaz & López, 1993). Por lo que comprende zonas de cultivo en casi todo el país con una demanda muy representativa para Colombia (Díaz & López, 1993).

Sin embargo, aunque el cultivo de *P. brachypomus*, ha sido uno de los más importantes en Colombia en las últimas décadas, ocupando el tercer lugar de los peces de consumo más cultivados (Pineda *et al*; 2004), no se cuenta con la suficiente información respecto a su anatomía y aún menos del sistema nervioso, teniendo en cuenta que es uno de los sistemas principales en el *filum* Chordata (Mancini, 2002). Por ende, resulta de gran interés aumentar el conocimiento sobre la biología de nuestras especies nativas, ornamentales y/o comestibles, y en particular sobre su anatomía y fisiología del cerebro que permitan entender un poco más la relación de esta especie con su entorno.

Algunos de los estudios que se han realizado en este pez se han enfocado en descripción histológica del sistema digestivo (Muñoz *et al*; 2007) hipófisis (Barrera *et al*; 2008) ganglios de la raíz dorsal (Jaramillo *et al*; 2009) y algunas zonas del cerebro (Caldas *et al*. 2008, Jaramillo *et al*. 2009, Muñoz *et al*. 2006). En su mayoría realizados por el grupo de Ictiología de la Universidad Militar Nueva Granada.

Teniendo en cuenta lo anterior, se pretende

realizar una descripción histológica y morfológica del cerebro en *P. brachypomus*, identificando las estructuras y núcleos en las diferentes zonas del cerebro.

MATERIAL Y MÉTODOS

Animales

Se utilizaron 8 alevinos de *P. brachypomus* de una longitud total promedio de 3,7 cm, obtenidos en tiendas acuarísticas especializadas. Los individuos se mantuvieron en acuarios de 40 litros por 30 días con condiciones físico-químicas reportadas como óptimas y con incidencia baja de luz. (Gómez *et al.*, 2011).

Sacrificio

Todos los animales fueron anestesiados con (0,1 g / l) de benzocaína y se sacrificaron con un corte en la médula espinal en la parte posterior de la cabeza. (Rincón, 2012; Obando *et al.*, 2013; Guzmán *et al.*, 2013; Riaño, 2016).

Fijación y post fijación

Se fijaron los cerebros con formaldehído al 4% con un pH dentro del rango 7.2 – 7.3 (Putt 1972; Hinton 1990; Prophet 1995). Se mantuvieron a una temperatura de 4°C durante 48 horas en recipientes con el fijador.

Terminado el proceso de fijación se procedió a la extracción del cerebro con ayuda de un

estereoscopio y equipo de disección. El cerebro de cada individuo fue sometido a un proceso de deshidratación (Hinton 1990; Scherck & Moyle 1990; Prophet 1995), el cual consiste en la inmersión del tejido en etanol a diferentes concentraciones, en el orden mostrado en la tabla 1 y finalmente fue pasado por xilol.

Tabla 1. Secuencia en el uso de los reactivos para la deshidratación y aclaración del tejido.

Reactivo	Tiempo	Nº baños
Etanol 70%	1 hora	3
Etanol 95%	1 hora	1
Etanol 100%	2 horas	2
Xilol	2 horas	2

Para realizar los cortes se incluyeron los cerebros tratados anteriormente, con parafina líquida (MERCK, Punto De fusión 52 -54°C), que se mantuvo a una temperatura constante de 60°C con dos cambios de una hora y después se incluyó la muestra. (Short & Meyers, 2001), empleando una incubadora para parafina, este procedimiento se repitió renovando la parafina, una vez más. Se realizó el montaje del cerebro en bloques de parafina, teniendo en cuenta la disposición para cortes transversales y longitudinales.

Los cortes se realizaron de forma seriada con un espesor de 5 µm, mediante el uso de un micrótopo rotatorio (MICROM HM 340E), para luego ser puestos en láminas. Los cortes fueron pasados por calor moderado para estirarlos y evitar el plegamiento del tejido, que dificulta la observación. Finalmente, las láminas fueron teñidas con la técnica E&H y tinción de Nilss. (Gómez *et al.*, 2011).

Captura de imágenes

A partir de los cortes obtenidos, se tomaron las fotos con un microscopio Zeiss Axio Scope.A1 con una cámara acoplada Axiocam ICM 1 marca Zeiss. Los cortes se tomaron en disposición transversal y sagital, a un aumento de 400X. Fueron necesarias de varias fotos por corte ya que con cada una se obtenía una fracción del corte. Finalmente, para la reconstrucción de la imagen completa del corte se utilizó el software Adobe Photoshop CC 2015.

Cartografía

Para el análisis histológico y la descripción macroscópica, se dividió el cerebro en tres zonas principales, cerebro anterior, cerebro medio y cerebro posterior. Para el cerebro anterior, se encuentran los bulbos olfatorios (Bryd & Brunjes, 1995), hemisferios telencefálicos (Butler, 2000), y diencéfalo (Mukuda & ando 2003). En el cerebro medio, se encuentra el mesencéfalo (Anken & Bourrant, 1998). Y por último en el cerebro

posterior se encuentra principalmente el cerebelo (Anken & Bourrant, 1998), y la medula espinal (Bernstein, 1970). Para llevar a cabo la identificación de los respectivos núcleos de las diferentes zonas, se usaron tres atlas histológicos (Wulliman *et al.*, 1996; Rincón *et al.*, 2016; D'angelo, 2013). Para la identificación total de las estructuras, se

utilizaron como apoyo los trabajos de los autores mencionados anteriormente.

Todos los procedimientos realizados en las siguientes secciones tienen en cuenta las regulaciones y protocolos establecidos para la ética en manejo y cuidado de animales para investigación (AVMA 2016).

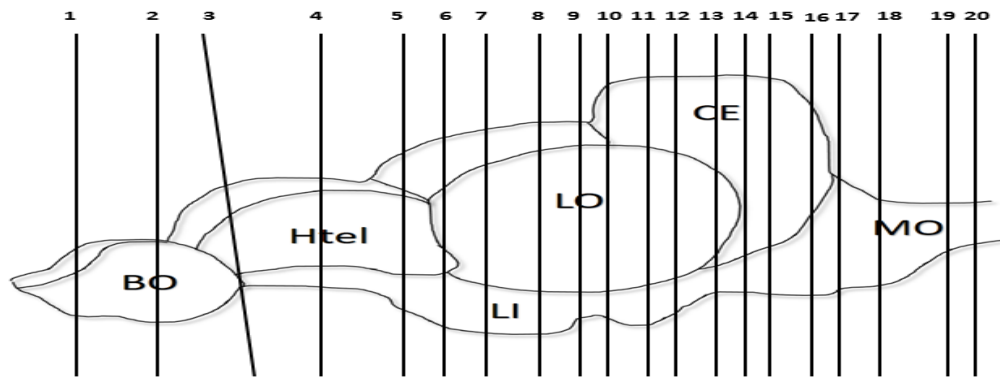


Figura 1. Vista lateral del encéfalo de *Piaractus brachipomus* (Characiformes: Characidae) indicando los planos de cortes transversales que comprenden desde el numero 1 hasta el número 20. (Barra 0.7 mm). BO: bulbos olfatorios, HTel: hemisferios telencefálicos, LI: lóbulos inferiores, CE: cerebelo, MO: médula oblonga.

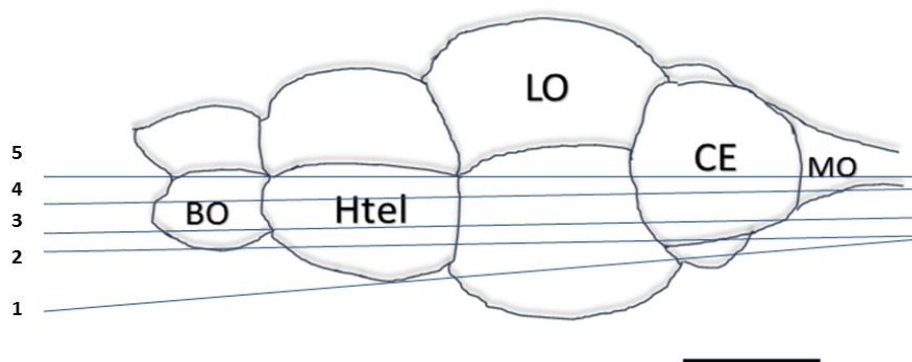


Figura 2. Vista dorsal del encéfalo de *Piaractus brachipomus* (Characiformes: Characidae) indicando los planos de cortes sagitales que comprenden desde el numero 1 hasta el número 5. (Barra 0.7 mm). BO: bulbos olfatorios, HTel: hemisferios telencefálicos, LO: lóbulo óptico, CE: cerebelo, MO: médula oblonga.

RESULTADOS

• CORTE TRANSVERSAL

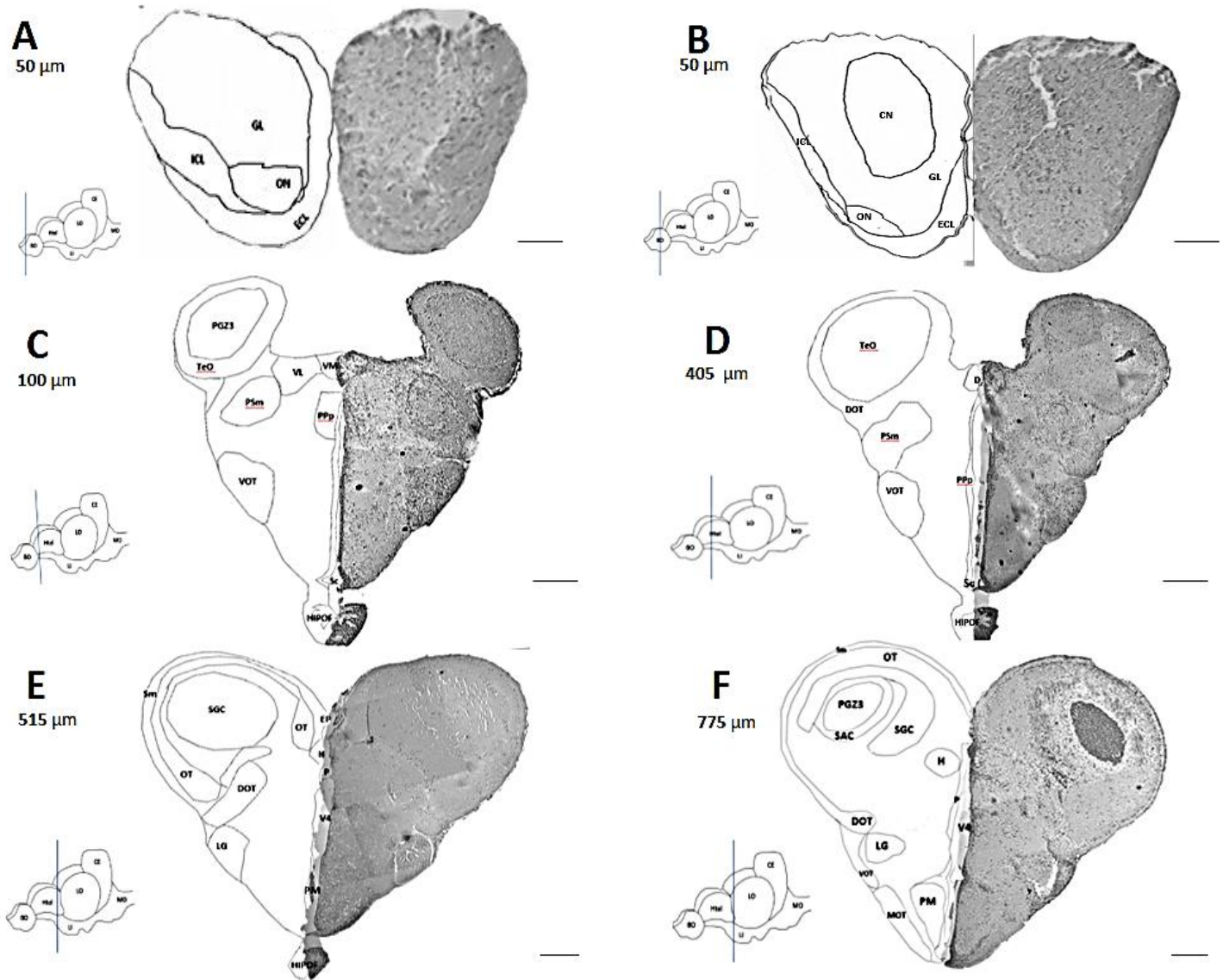


Figura 3. Esquema e imagen de planos frontales y corte transversal (Tinción de Nissl) del encéfalo *Piarractus brachipomus* de niveles rostrales A hasta niveles caudales P. Los ítems A-F indican los diferentes niveles. Los números en micras indican la distancia estereotáxica. Escala A y B: 100 μ m; C-F 100 μ m. Para nombre de abreviaturas ver Listado del anexo 1

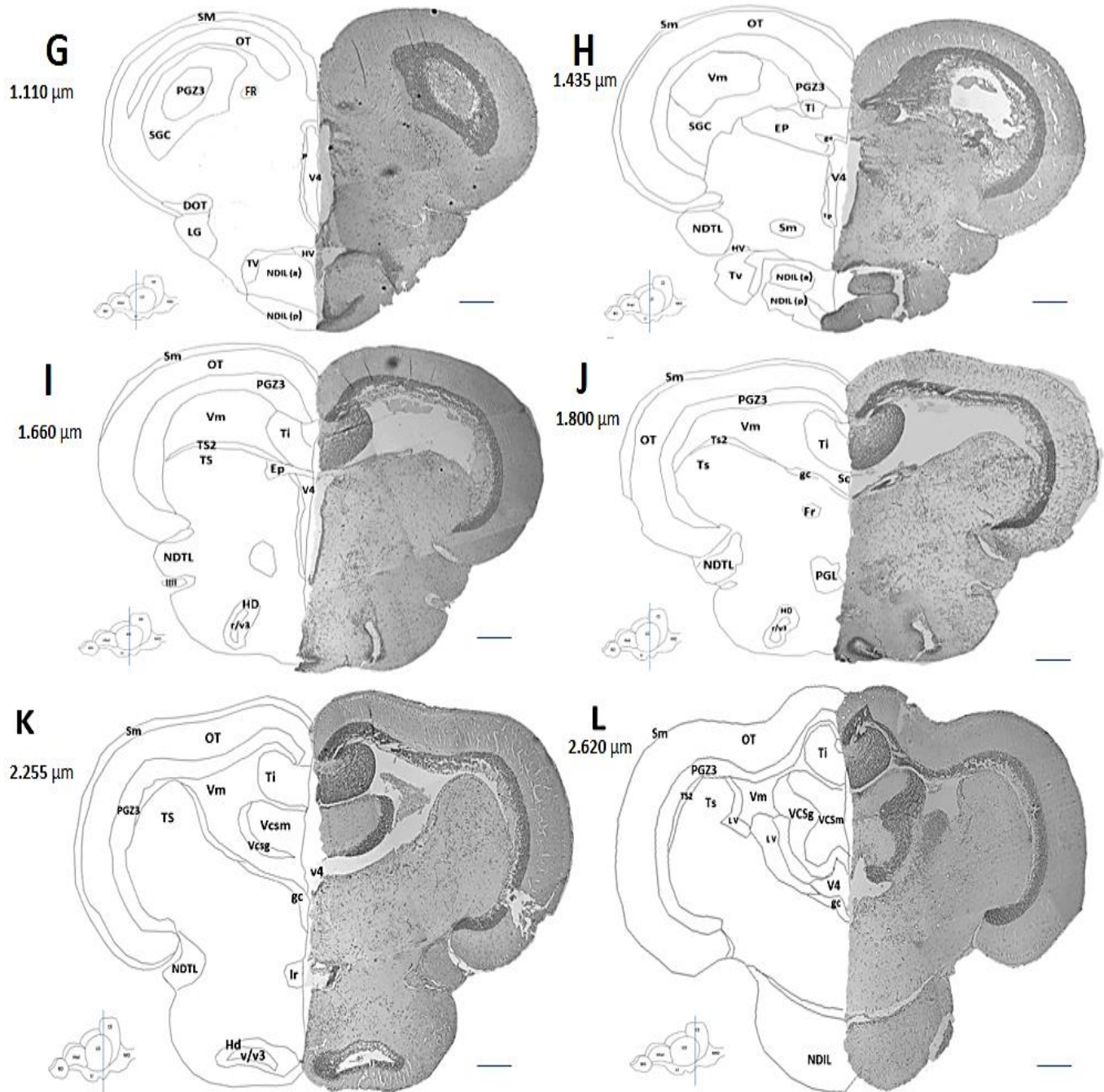


Figura 4. Esquema e imagen de planos frontales y corte transversal (Tinción de Nissl) del encéfalo *Piaractus brachipomus* de niveles rostrales A hasta niveles caudales P. Los ítems G-L indican los diferentes niveles. Los números en micras indican la distancia estereotáxica. Escala G y H: 200 μ m; I-L 300 μ m. Para nombre de abreviaturas ver Listado del anexo 1

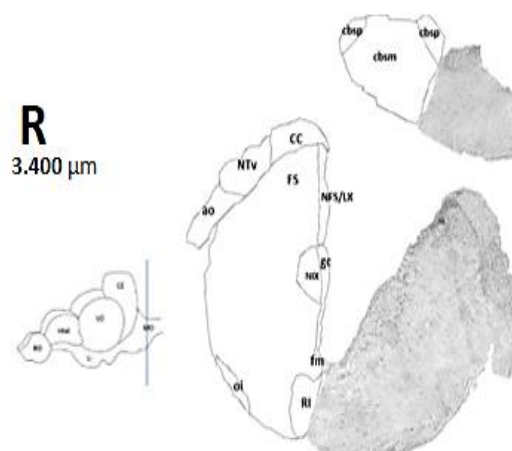
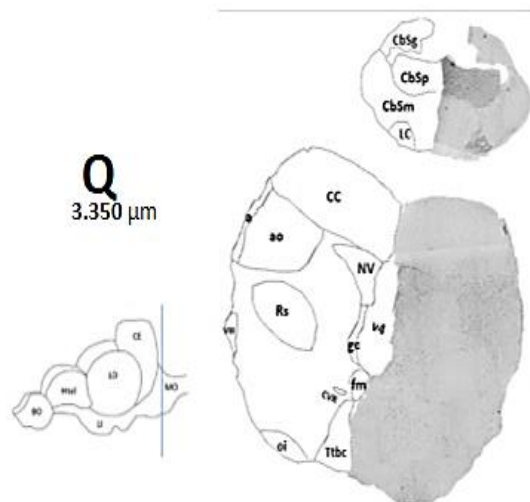
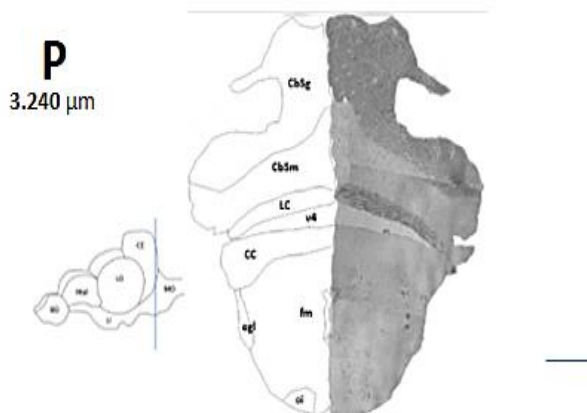
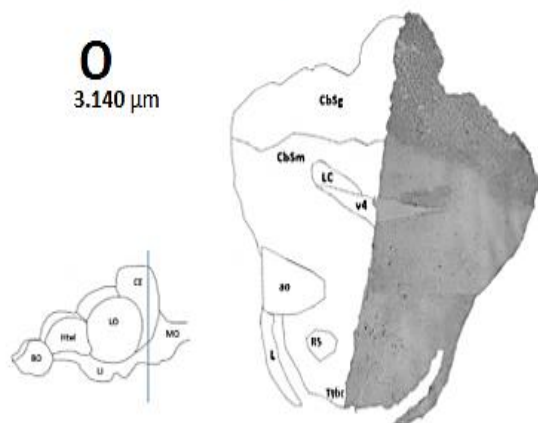
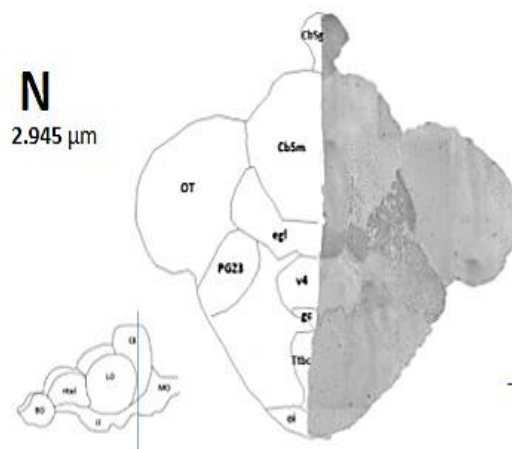
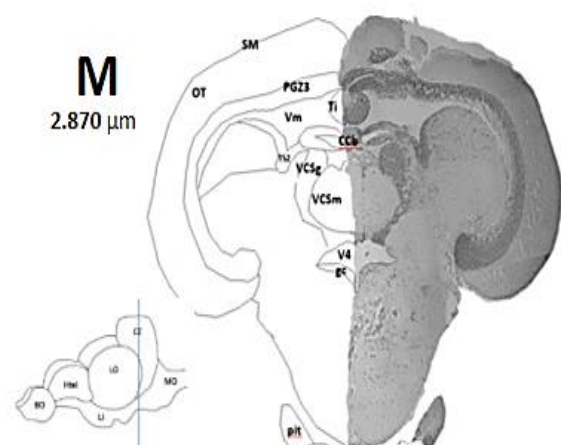


Figura 5. Esquema e imagen de planos frontales y corte transversal (Tinción de Nissl) del encéfalo *Piaractus brachypomus* de niveles rostrales A hasta niveles caudales P. Los ítems M-R indican los diferentes niveles. Los números en micras indican la distancia estereotáxica. Escala M y N: 100 μ m; O-R 100 μ m. Para nombre de abreviaturas ver Listado del anexo 1

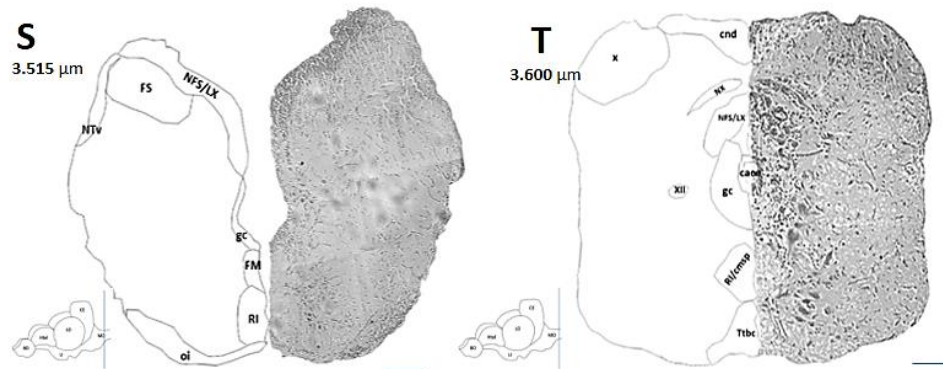


Figura 6. Esquema e imagen de planos frontales y corte transversal (Tinción de Nissl) del encéfalo *Piaractus brachypomus* de niveles rostrales A hasta niveles caudales P. Los ítems S-T indican los diferentes niveles. Los números en micras indican la distancia estereotáxica. Escala S y T: 100 μ m. Para nombre de abreviaturas ver Listado del anexo 1

• CORTE SAGITAL

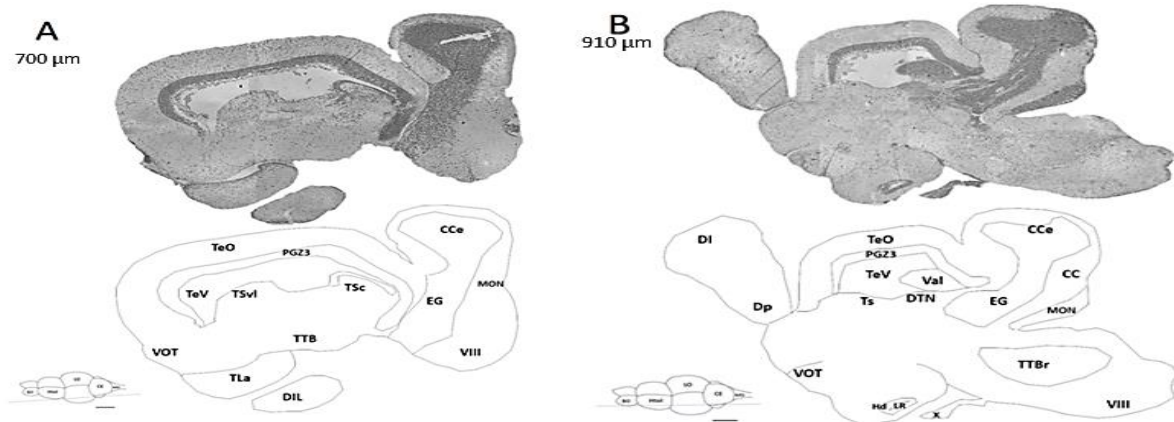
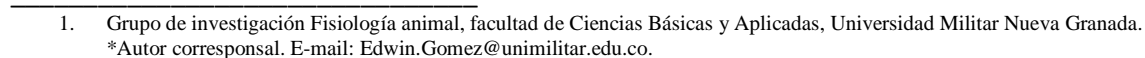


Figura 8. Esquema e imagen de planos dorsal y corte longitudinal (Tinción de Nissl) del encéfalo *Piaractus brachipomus* de niveles rostro caudales. Los ítems A-E indican los diferentes niveles.



Los números en micras indican la distancia estereotáctica. Escala C y E: 200 μ m. Para nombre de abreviaturas ver Listado del anexo 1

DISCUSIÓN

Morfología del encefalo

En el análisis morfológico del cerebro de *P. brachypomus* (Figura 1 y 2), se observó un patrón organizacional típico para teleosteos (Cadwallader, 1975; Takashima & Hibiya, 1995; Wullimann *et al.*, 1996).

Cerebro anterior

Iniciando la descripción de manera rostro caudal se evidencia la presencia de bulbos olfativos pareados y sésiles, situados rostrales a los hemisferios telencefálicos sin presencia de tracto olfativo. Esta morfología también coincide con lo observado en *Paracheirodon axelrodi* (Obando *et al.*, 2013) perteneciente a los Characiformes y otras especies como *Danio rerio* (Wullimann *et al.*, 1996), *Oryzias latipes* (Anken & Bourrat, 1998; Ishikawa *et al.*, 1999) y *Anguilla japonica* (Mukauda & Ando, 2003). Por el contrario, especies que sí presentan el tracto olfativo como las del orden Siluriformes. Por ejemplo, el Tiburoncito (*Ariopsis seemanni*) (Londoño *et al.*, 2010) y capitán de la sabana (*Eremophilus mutisii*) (Quintero *et al.*, 2009). Esta ausencia de tracto olfativo podría relacionarse con una mayor velocidad respecto a la llegada de los estímulos olfatorios (Londoño *et al.*, 2010).

Los bulbos olfatorios cumplen una función primordial en la recepción de estímulos relacionados con el olfato en peces (Wullimann *et al.*, 1996) puesto que, tienen interacción directa con el ambiente y está relacionado con la obtención de alimento, defensa de predadores y la reproducción (Hamdani & Døving 2007). Esto es posible por la recepción y transmisión de señales que ocurren en el bulbo olfatorio (Groman, 1982; Butler, 2000).

Estudios realizados en *Oncorhynchus mykiss* se evidenció que los aminoácidos son importantes para desencadenar comportamientos alimenticios (Specia *et al.*; 1999). De igual manera, se reporta que las hormonas gonadales o sus metabolitos contenidos en la orina del pez son percibidos por esta estructura cerebral indicando a los otros peces el estado reproductivo del pez, de esta manera con estas señales y moléculas que son mediadas por el sistema olfativo se pueden generar comportamientos de apareamiento (Liley & Stacey, 1983).

Adicionalmente se ha demostrado que diferentes áreas de la capa glomerular se activan según el tipo de sustancia aromática (Chandroo *et al.*, 2004), sin embargo, no todas las señales pasan a través del bulbo olfatorio, como lo demuestra (Becerra *et al.*

1994), destacando que la ruta para la transmisión de las señales producidas por feromonas no se detecta en el bulbo olfatorio para el caso de salmónidos, lo cual podría presentarse también en otras especies.

Histológicamente se observó una estructura laminar compuesta por varias capas (CNO), (CGL), (CCM) y (CIC) correspondientes a teleósteos (Figura 3, A y B) (Hamdani & Døving 2007, Laberge & Hara 2001, Hara & Zielinski 2007). Estas capas es donde las fibras provenientes de nervio olfativo penetran el bulbo olfativo hasta llegar a la capa glomerular, luego distribuyéndose hacia la periferia del bulbo formando los glomérulos, cuyos axones serán los que se conectarán con las células mitrales (Rogers & Grizzle 1979; Laberge & Castañeda, 2012).

Los hemisferios telencefálicos de *P. brachypomus* se observaron esféricos y pareados (Figura 2). Se identificaron dos áreas: dorsal (D) con extensas zonas de migración celular y tendencia a la laminación y una segunda área (V) ventral, con núcleos definidos. La cual es una distribución típica en teleósteos (Butler, 2000). Para la zona dorsal las principales áreas que se encontraron fueron: Zona central dorsal, lateral, media y posterior. Normalmente, la zona media y lateral del área telencefálica dorsal podrían estar implicadas en una función de aprendizaje espacial (Durán *et al*,

2002; Portavella & Vargas, 2005). Otros autores proponen que estas zonas podrían ser homólogas al hipocampo y la amígdala en mamíferos (Saito & Watanabe, 2006).

En general el diencéfalo ocupa la región ventro medial del cerebro y está involucrado en la transmisión de señales sensoriales, y también envía señales relacionadas con la homeostasis y sistema endocrino (Helfman *et al.*, 1997; Butler, 2000). Para *P. brachypomus*, se encuentra el área preóptica, el epitálamo, el tuberculum posterior, el hipotálamo y también el tálamo (Figura 4) (Butler, 2000; Mukuda & Ando, 2003). Aunque los lóbulos más visibles son los del hipotálamo, los cuales conforman la porción más ventral del cerebro, y en medio de estos se encuentra la hipófisis (Figura 3, E). La posición de la hipófisis puede variar en teleósteos como en la especie *O. latipes* que se encuentra de manera rostral al hipotálamo (Anken & Bourrat, 1998).

En el área preóptica se identificaron principalmente dos núcleos: nucleus preocticus magnocellularis y preocticus parvocellularis posterioris (Figura 3, F) En vertebrados tienen funciones involucradas en el control de la maduración sexual incluyendo teleósteos (Tiwary *et al*; 2002). Estos núcleos presentan similitud con otras especies como: *P. axelrodi* (Obando *et al*, 2013) y *A. anisitsi* (Rincón *et al*, 2016).

El epitálamo se encuentra de forma dorsal al área preóptica. Consiste de la región habenular, saccus dorsalis, y la epífisis. (Figura 3, F). De forma ventral a los núcleos habenulares se encuentran los núcleos anterior y posterior del diencefalo, que hacen parte del tálamo. En dirección caudal desde la parte ventral del tálamo se extiende el tuberculum posterior, donde fueron identificados los núcleos preglomerulosus, glomerulosus (Figura 4, I) y el faciculus retroflexus (Figura 4, J) hacia los laterales se encuentra el nucleus difusus del torus lateralis; Los cuales coinciden en cuanto a ubicación y características con las siguientes especies: *Oncorhynchus mykiss*, *Oryzias latipes*, *Danio rerio*, *Anguilla japonica* (Anderson & Mitchum 1974; Anken & Bourrat, 1998; Butler 2000; Mukuda & Ando, 2003; Rincón *et al*, 2016; Obando *et al*, 2013). Los núcleos identificados en esta zona son el núcleo glomerulosus y núcleo preglomerulosus, los cuales están involucrados en la transmisión de señales gustativas (Nüssles & Dann, 2002).

El hipotálamo está conformado en la parte ventral, por una porción anterior y una posterior, hacia la región lateral se presentan núcleos difusos, que abarcan una gran porción de estos, hacia la parte medial se encuentran los núcleos tuberis posterioris y periventricularis. (Figura 4, H) En posición dorso-posterior a los lóbulos hipotálamicos se

encuentra una pequeña estructura, saccus vasculosus (Figura 4, H) Respecto a los núcleos del hipotálamo, el núcleo periventricular y el núcleo tuberal, tienen funciones de tipo sensorial y neurosecretora (Groman, 1982), y están directamente relacionados con la regulación de la hipófisis en teleósteos (Holmqvist & Ekström, 1995). Los apéndices relacionados al hipotálamo son la glándula pituitaria y el saccus vasculosus. La glándula pituitaria se encuentra hacia la parte ventro-medial de los lóbulos del hipotálamo, y específicamente en *P. brachypomus* no está unida directamente al hipotálamo, sino que está unido a través de tejido conectivo, lo que difiere de otras especies como por ejemplo *Oryzias latipes* (Barrera, 2005). El saccus vasculosus se encuentra próximo, a la parte dorsal de esta, es decir entre la glándula pituitaria y el hipotálamo (Rogers & Grizzel, 1979).

Cerebro medio

El mesencéfalo está dividido en dos áreas anatómicas generales, el tectum óptico (dorsal) y el tegumento (ventral). El tectum óptico presenta un patrón organizacional de capas, lo que es característico para teleósteos. A través de estas capas se distribuyen las diferentes señales ópticas. Las seis capas se diferencian por la concentración de diversos cuerpos neuronales, estas subdivisiones fueron realizadas a partir de lo reportado para *O. latipes* y *A. japonica* (Anken & Bourrat,

1998; Mukuda & Ando, 2003). Para el tegumento se evidencio que se ubica de manera ventral al torus semicircularis, donde se identificaron los núcleos lateralis valvulae, tegmentalis dorsalis, fasciculus longitudinalis lateralis, oculomotorius y fasciculus longitudinalis medialis.

P. brachypomus presenta lóbulos ópticos de gran tamaño respecto con los bulbos olfatorios que son de menor tamaño, lo cual indica que esta especie está utilizando más la visión que el sentido del olfato, similar a lo reportado también para *A. seemanni* (Londoño & Hurtado, 2010) y *P. axelrodi* (Obando *et al.*, 2013). Sucede lo contrario para *Pimelodus pictus* (Vizcaino *et al.*, 2013), con el tamaño de los lóbulos ópticos más pequeño respecto a todo el cerebro, debido a que se trata de una especie de hábitos crepusculares y no requiere tener esta área muy desarrollada. Teniendo en cuenta lo reportado para teleósteos existe una relación entre su morfología y tamaño de las estructuras del cerebro, con parámetros comportamentales y ecológicos (Rose, 2002; Balescu, 2005).

Cerebro posterior

La distribución y posición de las capas molecular, granular y ganglionar tanto en la válvula cerebelli como en el corpus cerebelli, es consistente con lo encontrado para las diferentes especies reportadas en la

bibliografía como: *O. latipes*, *Carassius auratus*, *A. japonica* (Anken & Bourrat, 1998; Butler, 2000; Mukuda & Ando, 2003). Al observar el tamaño del cerebelo en apariencia conserva una proporción similar a la observada en *C. auratus* (Butler, 2000).

El tamaño de esta estructura es importante puesto que se dice que un cerebelo prominente puede estar relacionado con la recepción de impulsos eléctricos (Helfman *et al.*, 1997; Butler, 2000), aunque la función principal del cerebelo está involucrada más a la conservación del tono muscular y la integración de estímulos visuales y acústicos (Bernstein, 1970; Rogers & Grizzel, 1979; Butler, 2000). Por otro lado, el cerebelo en *P. brachypomus* no presenta proyección caudal, a diferencia de *O. mykiss* en donde si se observa esta proyección, lo cual le confiere al pez mayor capacidad de orientación y comunicación (Anderson & Mitchum, 1974).

Se sabe que la médula oblonga, interviene en el funcionamiento del sistema reticulomotor, gusto y audición (Bernstein, 1970; Helfman *et al.*, 1997); se conforma en la parte dorsal de los lóbulos vagales y facial, los cuales se presentan fusionados a la médula oblonga, similar a *O. mykiss* y *A. japonica* (Anderson & Mitchum; 1974; Nieuwenhuys *et al.*, 1998; Mukuda & Ando, 2003).

De forma ventral se encuentra la formación reticular en donde se identificó el fasciculus Mauthneri, que es uno de los núcleos de la formación reticular que esta involucrado en movimientos rápidos y coordinados para el escape y evasión de predadores (Wales & Yasutake, 1983; Cruce *et al.*, 1999; Eaton *et al.*, 2001). En general los núcleos en la formación reticular intervienen en los reflejos autónomos (Rogers & Grizzel, 1979; Cruce *et al.*, 1999; Eaton *et al.*, 2001).

Conclusión

Las estructuras y núcleos identificados en *P. brachypomus*, concuerdan con lo publicado para otras especies, en cuanto a ubicación y características morfológicas, especialmente con *Oncorhynchus mykiss*. El estudio

avanzado del encéfalo en *P. brachypomus* permite la comparación con otros individuos, lo que permite que sea un adecuado modelo neurobiológico dentro de las especies de la familia Characidae. Además, se encontraron ciertas diferencias respecto con ausencia o presencia de ciertas estructuras como: la ausencia de tracto olfativo que podría relacionarse con una mayor velocidad respecto a la llegada de los estímulos olfatorios, y se observa en varias especies de la familia characidae. En el cerebelo, la relación con mayor tamaño se le atribuye con funciones de coordinación, y orientación espacial, por lo cual al ser un pez migratorio es probable que tenga esta estructura más grande. Estas diferencias van relaciones con los requerimientos de la especie según sus hábitos y el ambiente en que adapta.

Bibliografía

1. Anderson B.G. & Mitchum D. L. 1974. Atlas of Trout Histology. Wyoming game and fish department. Bulletin N° 13. Wyiming, USA. Pp. 4-6, 15-17.
2. Anken R. & Bourrat F. 1998. Brain atlas of the medaka fish oryzias latipes. Institut national de la recherche agronomique (inra), Paris, 29 pp.
3. AVMA (American Veterinary Medical Association). 2016. Guidelines for the Euthanasia of Animals. Illinois. United States. 102p.
4. Balescu C. 2005. A Comparative Study on the External Morphology of the Encephalon in Three Fish Species Belonging to Cyprinidae Family: Amblypharyngodon mola, Danio malabaricus and Rasbora argyrotaenia. Analele Stiintifice ale Universitatii. P 45-50.
5. Barrera-Bailón, B., Caldas, M. L., & Hurtado-Giraldo, H. (2008). Preliminary morphological and histological study of the pituitary of parapitinga alevins, *piaractus brachypomus*(cuvier)

- (characidae). *Actualidades Biológicas*, 30(89), 171-179.
6. Becerra, M. Manso, M. J. Rodríguez-Moldes, I. & Anadon, R. 1994. Primary olfactory
 7. Bernstein, J. J. 1970. Anatomy and physiology of the central nervous system. In *Anatomy and histology of the Channel Catfish* (Rogers, W. A. & Grizzle, J. M.) Agricultural experiment station Auburn University. Auburn, Alabama. Bethesda, Maryland. Pp 69-78.
 8. Butler A. B. 2000. Nervous system. In *The laboratory fish* (Ostrander, G. K.). Academic
 9. Byrd CA, Brunjes PC. 1995. Organization of the olfactory system in the adult zebrafish: histological, immunohistochemical, and quantitative analysis. *J. Comp. Neurol*, 358: 247-259.
 10. Cadwallader P. 1975. Relationship between Brain Morphology and Ecology in New Zealand Galaxiidae, Particularly *Galaxias vulgaris* (Pisces: Salmoniformes). *New Zealand Journal of Zoology*, 2 (1): 35-43.
 11. Caldas M; Tovar B; Contreras B; Rodríguez C; Hurtado G. 2008. Histological And Morphometrical Comparison Between *Eremophilus mutisii* (Trichomycteridae) And *Oncorhynchus mykiss* (Salmonidae) Eyes. *Acta Biológica Colombiana*, 13(2), 73-88.
 12. Castañeda Cortés, D. C. 2012. Descripción de las vías olfativas (Roseta Bulbo olfativo) y evaluación de los efectos histopatológicos causados por el Roundup® Activo sobre el sistema olfativo de alevinos de cachama blanca (*Piaractus brachypomus*) (Bachelor's thesis, Universidad Militar Nueva Granada).
 13. Chandroo, K. P., Duncan, I. J. H. & Moccia. R. D. 2004. Can fish suffer: perspectives on sentience, pain, fear and stress. *Applied Animal Behaviour Science* 86:225-250.
 14. Collin J.P., Voisin, P., Falcon J., Faure J.P., Brisson P. & Defaye J.R. 1989. Pineal transducers in the course of evolution: molecular organization, rhythmic metabolic activity and role. *Arch. Histol. Cytol.* 52: 441-449.
 15. Cruce, W. L., Stuesse, S. L. & Northcutt. 1999. Brainstem neurons with descending projections to spinal cord of two Elasmobranch fishes: Thornback guitar fish, platyrhinoidis triseriata, and horn shark, heterodontus francisci. *The journal of comparative neurology*. 403:534-560.
 16. D'angelo, L. 2013. Brain atlas of an emerging teleostean model: *Nothobranchius furzeri*. *The Anatomical Record*, 296(4), 681-691.
 17. Díaz F. & López R. 1993. El cultivo de la Cachama blanca (*Piaractus brachypomus*) y la Cachama Negra (*Colossoma macropomum*). Villavicencio, Colombia. Pp 254
 18. Durán E., Ocaña F.M., Gómez A., Broglio C., Jiménez F., Rodríguez F. & Salas C. 2002. Place learning and hippocampal pallium in teleost fish. En: annual meeting of the johnston club of comparative neurology. Orlando (USA).
 19. Eaton R; Lee K; Foreman B. 2001. The Mauthner cell and other identified neurons of brainstem escape network of fish. *Progress in neurobiology*. 63:467-485.

20. Falcón J., Galarneau K.M., Weller, J.L., Ron B., Chen G., Coon S.L. & Klein D.C. 2001. Regulation of arylalkylamine n-acetyl- transferase-2 (aanat2, ec 2.3.1.87) in the fish pineal organ: evidence for a role of proteasomal proteolysis. *Endocrinology*, 142: 1804-1813.
- fibers project to the ventral telencephalon and preoptic region of trout (*Salmo trutta*): a developmental immunocytochemical study. In *Neurobiology of fish olfaction: a review*. (Laberge, F. & Hara, T. J.) *Brain Research Reviews* 36:46-59.
21. Gómez E., Obando M.J., Tovar M.O., Caldas M.L. y Hurtado H. 2011. Estudio Histológico del Tracto Digestivo del Neón Cardenal *Paracheiroidon axelrodi* (Characidae). *Journal International Morphology*. Vol. 29. 782 – 786.
22. Groman D. B. 1982. Histology of the Striped Bass. American Fisheries Society.
23. Guzmán L., Santana D., Verdugo H., Gómez E. y Hurtado H. 2013. Descripción anatómica e histológica del tracto digestivo de *Nicuro Pimelodus blochii* (Valenciennes, 1840). *Revista Orinoquia*. Vol. 17. 102 – 110.
24. Hamdani EH; Døving KB. 2007. The functional organization of the fish olfactory system. *Progress in Neurobiology*, 82: 80–86.
25. Helfman G. S, Collette B. B, Facey D. E. 1997. The diversity of fishes. Malden, Massachusetts: Blackwell Science, Inc. Pp 48-50, 226-227.
26. Herrera P., Servili A., Rendón M.C., Sánchez V., Falcón J. & Muñoz C. 2011. The pineal complex of the european sea bass (*dicentrarchus labrax*): i. Histological, immunohistochemical and qpcr study. *J. Chem. Neuroanat.*, 41 (3): 170-180.
27. Hinton D.E. 1990. Histological techniques In *Methods for fish biology*. (Schreck C.B, Moyle P.B.) Bethesda. Maryland. Pp 191-211.
28. Ishikawa Y., Yoshimoto M. & Ito H. 1999. A brain atlas of a wild-type inbred strain of the medaka, *oryzias latipes*. *Fish biol. J. Medaka*, rincón et al.: *cerebro del pez tetra cola roja aphyocharax anisitsi* 29 10: 1-26.
29. Jaramillo, J., Gómez-Ramírez, E., Caldas, M. L., Rodríguez, D., & Hurtado, H. (2009). Histology and Morphometry of dorsal root ganglia and their neurons in a fish of indeterminate growth the white Cachama (*Piaractus brachypomus*). *Actualidades Biológicas*, 31(90), 43-52.
30. Laberge F. & Hara T. J. 2001. Neurobiology of fish olfaction: a review. *Brain Research Reviews* 36:46-59.
31. Liley NR, Stacey NE. 1983. Hormones, pheromones, and reproductive behavior in fish. En: Hoar WS, Randall DJ, Donaldson EM. *Fish Physiology*. 1988. Vol. IX, Parte B, Academic Press, New York, p. 1–63.
32. Londoño C & Hurtado H. 2010. Estudio preliminar morfológico y morfométrico de encéfalo del pez tiburoncito, *Ariopsis seemanni* (Pisces: Ariidae). *Universitas Scientiarum*, 15 (2): 101-109.
33. Mancini, M., 2002. Introducción a la biología de los peces. *Cursos Introducción a la Producción Animal y Producción Animal I*, FAV UNRC.

34. Mukuda T. & Ando M. 2003. Brain Atlas of the Japanese Eel: Comparison to Other Fishes. Mem. Fac. Integrated Arts and Sci., Hiroshima Univ., Ser. IV, Vol. 29 1-25.
35. Muñoz A, Caldas ML, Hurtado H. 2006. Análisis histomorfométrico del sistema digestivo y glándulas anexas de alevino de cachama blanca. Revista Facultad De Ciencias Básicas, 2 (1): 33- 45
36. Nieuwenhuys, R. 1963. The comparative anatomy of the actinopterygian forebrain. In Histology of the Striped Bass (Groman, D. B.) American Fisheries Society. Bethesda, Maryland. pp. 78.
37. Nüsslein Volhard C. & Dann R. 2002. Zebra fish, a practical approach. Oxford University Press. Pp 76-94.
38. Obando B., Gómez R; Tovar B; Rincón C; Caldas Martínez & Hurtado H. 2013. Estudio morfométrico y topológico del cerebro del pez neón cardenal, paracheirodon axelrodi (characiformes: characidae). Actual. Biol., 35 (98): 45-61.
39. Ocampo, C., 2018. Imágenes de bulbos olfatorios, tomada a partir de microscopía electrónica. Universidad Militar Nueva Granada.
40. Pineda H., Molina D., Olivera A; Builes G. 2004. Contribución a la relación taxonómica entre cuatro especies de peces de la familia Characidae mediante el Polimorfismo de ADN Amplificado al Azar (RAPD). Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias, 17(4).
41. Portavella M & Vargas J. 2005. Emotional and spatial learning in goldfish is dependent on different telencephalic pallial systems. Eur. J. Neurosci., 21 (10): 2800-2806.
42. Prophet E; Mills B; Arrington J; Sobón H. 1995. Métodos histotecnológicos. Washington: Registro de Patología de los Estados Unidos de América. Pp 31-33.
43. Putt F. 1972. Manual of histopathological staining methods. Jhon Wiley. New York. Pp 335.
44. Quintero V; Rojas B; Gómez E; Rodríguez D; Hurtado H. 2009. Distribución de Botones Gustativos en los Barbillos del Capitán de la Sabana (*Eremophilus mutissi*). Revista Facultad de Ciencias Básicas, 5: 186-191.
45. Riaño 2016. Efecto de una presentación comercial de glifosato sobre el área preóptica e hipotálamo de Neón cardenal (*Paracheirodon axelrodi*). Trabajo de Grado. Facultad de Ciencias Básicas y Aplicadas. Universidad Militar Nueva Granada. Bogotá, Colombia. 61p.
46. Rincón L. 2012. Descripción topológica e histológica del hipotálamo y área preóptica de Neón cardenal, *Paracheirodon axelrodi* (Characiformes: Characidae). Trabajo de Grado. Facultad de Ciencias Básicas y Aplicadas. Universidad Militar Nueva Granada. Bogotá, Colombia. 89p.
47. Rincón L., Cavallino L., Alonso F., Lo Nostro F & Pandolfi M. 2016. Morfometría y topología del cerebro del pez tetra cola roja, *Aphyocharax anisitsi* (Characiformes: Characidae).
48. Rincón, L., Cavallino, L., Alonso, F., Lo Nostro, F., & Pandolfi, M. 2016. Morfometría y topología del cerebro

- del pez tetra cola roja, *Aphyocharax anisitsi* (Characiformes: Characidae).
49. Rodríguez; Romero; Salazar G. 1995. Fundamentos de acuicultura continental. INPA. Bogotá, Colombia. Pp. 5-20.
 50. Rogers W & Grizzle J. 1979. Anatomy and histology of the Channel Catfish: Chapter nine. Nervous system. Agricultural experiment station Auburn University. Auburn, Alabama.
 51. Rose J. 2002. The Neurobehavioral Nature of Fishes and the Question of Awareness and Pain. Reviews in Fisheries Science, 10 (1): 1-38.
 52. Saito K & Watanabe S. 2006. Deficits in acquisition of spatial learning after dorsomedial telencephalon lesions in goldfish. Behav. Brain res., 172 (2): 187-194.
 53. Schreck & Moyle. 1990. Methods for fish biology. *Anaesthesia, surgery and related techniques*. American Fisheries Society, Bethesda, 213-272.
 54. Speca DJ; Lin DM; Sorensen PW; Isacoff EY; Ngai J; Dittman AH. 1999. Functional identification of a goldfish odorant receptor, Neuron, 23: 487-498.
 55. Takashima F & Hibiya T. 1995. An atlas of fish histology normal and pathological features. Kodansha, Tokio, 213 pp.
 56. Tiwary B., Kirubakaran R & Ray A. 2002. Gonadotropin releasing hormone (gnrh) neurones of triploid catfish, *Heteropneustes fossilis* (Bloch): an immunocytochemical study. Comparative Biochemistry and Physiology Part A 132 375-380.
 57. Vizcaino L., Rincón L., Bulla M., Gómez E & Hurtado H. 2013. Estudio morfológico y morfométrico del cerebro del bagre tigrillo *Pimelodus pictus* (Pimelodidae) Steindachner (1876). *Revista Facultad de Ciencias Básicas*, 9(1), 94-107.
 58. Wales, J. H. & Yasutake, W. T. 1983. Microscopic Anatomy of Salmonids: An Atlas. Pp 104-5. United States department of the interior. Washington D.C., U. S. A. Ed. Fish and Wild life service.
 59. Wullimann F., Rupp B & Relchert H. 1996. Neuroanatomy of zebrafish brain: a topological atlas. Birkhaeuser verlag, switzerland, 190 pp.

ANEXO 1

ABREVIATURAS CORTE TRANVERSAL:

- a: nucleus anteriores of area octavolateralis
- ao: area octavolateralis
- Cace : canalis centralis
- Cbsg : stratum granulare of valvula cerebelli
- Cbsm: stratum moleculare of valvula cerebelli
- Cbsp : stratum ganglionare (Purkinje) of corpus cerebelli
- CC : crista cerebellaris
- CCb : comisura cerebellaris
- Cnd : cornu dorsale
- CVR : comisura ventrodorsalis rhombencephali
- D : thelencephalic dorsal area
- DOT : tractus opticus dorsalis
- egl : eminentia granularis laterales
- EP : epiphysis
- Fm : fasciculus Mauthneri
- Fr : faciculus retroflexus
- Fs : fasciculus solitarius
- GC : griseum central
- H : habenular region
- Hd : hipotalamus periventricularis dorsalis
- HIPOF: hipofisis
- HV: hipotalamus periventricularis ventralis
- IIII: nervus oculomotorius
- Ir: infundibularis recessus
- L: nervus lineae lateralis
- LC: lobus caudalis of corpus cerebelli
- LG : lateral genicular nucleus
- LV : nucleus lateralis valvulae
- MOT : tractus opticus medialis
- NDIL : nucleus diffusus of lobus inferioris
- NDIL(a) : nucleus diffusus of lobus inferioris (anterior portion)
- NDIL(p) : nucleus diffusus of lobus inferioris (posterior portion)
- NDTL : nucleus diffusus of torus lateralis
- NFS/LX : nucleus of fasciculus solitarius/ lobus vagus
- NIX : nucleus of nervus glossopharyngeus
- NTv : nucleus of tractus descendens of nervus trigeminus
- NV : nervus facialis
- NX : nucleus of nervus glossopharyngeus
- Oi : oliva inferioris
- OT : tectum opticum
- P : nucleus posterioris of diencephalon
- PGL : glomerulosus
- PGZ3 : periventricular grey zone
- Pit : hipophysis
- PM : nucleus preopticus magnocellularis
- Ppp: parte posterior del nucleo parvocelular preoptico
- PSM : magnocellular superficial pretectal nucleus
- r/v3 : recessus of ventriculus tertius
- RI : nucleus reticularis inferioris
- RI/CmSP: reticularis inferiores/columna motoria spinalis
- Rs : nucleus reticularis superioris
- SAC : stratum album centrale of tectum opticum
- Sc : nucleus suprachiasmaticus
- SGC : stratum griseum centrale of tectum opticum
- Sm : stratum marginale of tectum opticum
- Tl : Torus longitudinalis
- TP : nucleus tuberis posterioris
- Ts : torus semicircularis
- Ts2 : torus semicircularis (layer 2)
- Ttbc : tractus tectobulbaris cruciatus
- TV : nucleus tuberis ventralis
- V4 : ventriculus quartus
- VCSg : stratum granulare of valvula cerebelli
- VCSm: stratum moleculare of valvula cerebelli
- VIII : nervus vestibularis
- VL : ventrolateral thalame nucleus
- VM : ventromedial thalame nucleus
- VOT : Tractus opticus ventralis
- X : nervus vagus
- XIII: motor nucleus of the hypoglossal nerve

ABREVIATURAS CORTE SAGITAL:

- CC : crista cerebellaris
- CCe : corpus cerebelli
- CCer: commissura cerebelli
- CM : corpus mamillare
- CO: chiasma opticum
- CON: caudal octavolateralis nucleus
- Cpop : commissura postoptica
- DI : lateral zone of D
- DIL : difusse nucleus of the inferior lobe
- DIV: trochlear decussation
- Dm: medial zone of D
- DOT : dorsomedial optic tract
- DP : dorsal posterior thalamic nucleus
- Dp : posteior zone of D
- DTN : dorsal tegmental nucleus
- DV/TBS: descending trigeminal root / tractus bulbospinalis
- ECL: external celular layer of olfactory bulb including mitral cells
- EG : eminenti granularis
- GC : griem centrale
- Hc : caudal zone of periventricular hypothalamus
- Hd : caudal zone of periventricular hypothalamus
- Hv : ventral zone of periventricular hypothalamus
- ICL: internal celular layer of olfactory bulb
- LCa: lobus caudalis cerebelli
- LR : lateral recess of diencephalic ventricle
- X : vagal nerve
- LVIII : facial lobe
- LX: vagal lobe
- MON : medial octavolateralis nucleus
- ON : optic nerve
- PGZ2 : periventricular gray zone of optic tectum (zone 2)
- PGZ3 : periventricular gray zone of optic tectum (zone 3)
- PTN: posterior tuberal nucleus
- POF : primary olfactory fiber layer
- PPa : parvocellular preoptic nucleus, anterior part
- PPp : parvocellular preoptic nucleus, posterior part
- PR : posterior recess of diencephalic ventricle
- Sc : nucleus suprachiasmaticus
- TeO: tectum opticum
- TLa : torus lateralis
- Ts : torus semicircularis
- TSc : central nucleus of torus semicircularis
- TSvl : ventrolateral nucleus of torus semicircularis
- TeV : tectal ventricle
- TTB : tractus tectobulbaris
- TTBC : tractus tectobulbaris cruciatus
- TTBr : tractus tectobulbaris rectus
- Val : lateral division of valvula cerebelli
- Vam: medial division of valvula cerebelli
- VI : lateral nucleus of V
- VIII : octaval nerve
- VOT : ventrolateral optic tract
- Vv : ventral nucleus of V